

UNIVERSIDAD NACIONAL DE PIURA
FACULTAD DE AGRONOMÍA
DEPARTAMENTO DE SANIDAD VEGETAL



**TIPO DE REACCIÓN Y EFECTOS DE TRES PATRONES DE VID SOBRE LA
FENOLOGÍA DE UVA DE MESA CV. RED GLOBE BAJO CONDICIONES DE
UN SUELO INFESTADO CON *Meloidogyne* spp. EN EL VALLE DE
CIENEGUILLO, SULLANA, PIURA**

TESIS

**PARA OPTAR EL TÍTULO DE
INGENIERO AGRÓNOMO
PRESENTADA POR:**

Br. CLAUDIA VERENISSE HUAMÁN CÓRDOVA

PIURA, PERÚ

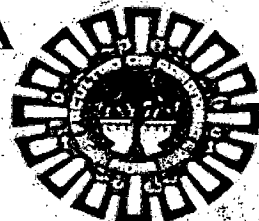
2017



UNIVERSIDAD NACIONAL DE PIURA

FACULTAD DE AGRONOMÍA

DEPARTAMENTO DE SANIDAD VEGETAL



**TIPO DE REACCIÓN Y EFECTOS DE TRES PATRONES DE VID
SOBRE LA FENOLOGÍA DE UVA DE MESA CV. RED GLOBE BAJO
CONDICIONES DE UN SUELO INFESTADO CON *Meloidogyne* spp. EN
EL VALLE DE CIENEGUILLO, SULLANA, PIURA**

TESIS

**PRESENTADA A LA FACULTAD DE AGRONOMÍA PARA OPTAR EL
TÍTULO DE INGENIERO AGRÓNOMO**

DR. CÉSAR AUGUSTO MURGUÍA REYES
ASESOR

BR. CLAUDIA VERENISSE HUAMÁN CÓRDOVA
TESISTA

PIURA, PERÚ

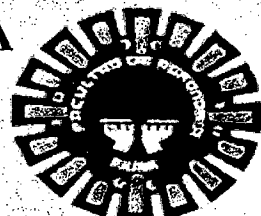
2017



UNIVERSIDAD NACIONAL DE PIURA

FACULTAD DE AGRONOMÍA

DEPARTAMENTO DE SANIDAD VEGETAL



**TIPO DE REACCIÓN Y EFECTOS DE TRES PATRONES DE VID
SOBRE LA FENOLOGÍA DE UVA DE MESA CV. RED GLOBE BAJO
CONDICIONES DE UN SUELO INFESTADO CON *Meloidogyne* spp. EN
EL VALLE DE CIENEGUILLO, SULLANA, PIURA**

TESIS

PARA OPTAR EL TÍTULO DE INGENIERO AGRÓNOMO

Br. CLAUDIA VERENISSE HUAMÁN CÓRDOVA

APROBADO POR:

**ING. JAVIER JAVIER ALVA M.Sc.
PRESIDENTE**

**ING. EDGAR A. MALDONADO DUQUE
VOCAL**

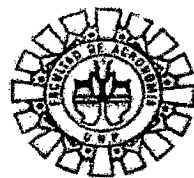
**ING. PEDRO M. REYES MORE M.Sc.
SECRETARIO**

PIURA, PERÚ

2017



UNIVERSIDAD NACIONAL DE PIURA
FACULTAD DE AGRONOMÍA
COMISION DE INVESTIGACION AGRICOLA



ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS 030-2017-CIAFA-UNP

Los miembros del jurado calificador que suscriben, congregados para estudiar el Trabajo de Tesis denominado "TIPO DE REACCION Y EFECTO DE TRES PATRONES E VID SOBRE LA FENOLOGÍA DE UVA DE MESA CV. RED GLOBE BAJO CONDICIONES DE UN SUELO INFESTADO CON *Meloidogyne spp.* EN EL VALLE DE TENEQUILLO, SULLANA, PIURA", conducido por la BR. CLAUDIA VERENISSE UAMÁN CÓRDOVA asesorada por el Dr. Cesar Murguía Reyes.

Luego de oídas las observaciones y respuestas a las preguntas formuladas, lo aclaran APROBADO, en consecuencia queda en condiciones de ser calificado APTO para gestionar ante el Consejo Universitario de la Universidad Nacional de Piura, el Título Profesional de Ingeniero Agrónomo de conformidad con lo estipulado en el artículo N° 171, inciso 2° del Estatuto General de la Universidad Nacional de Piura.

Piura, 04 de Mayo del 2017.

Ing. Javier Alva MSc.
Presidente

Ing. Abraham Maldonado Duque
Vocal

Ing. Pedro M. Reyes More MSc.
Secretario

DEDICATORIA

AGRADECIMIENTOS

- ❖ A Dios por estar conmigo en cada paso que doy, por bendecirme diariamente y darme las fuerzas necesarias para lograr este objetivo anhelado, por fortalecer mi corazón e iluminar mi mente, por haber puesto en mi camino aquellas personas que han sido mi soporte y compañía durante todo el periodo de estudio y por darme el privilegio de llegar a la culminación de mi tesis.
- ❖ A mis padres, por enseñarme que la perseverancia y el esfuerzo son el camino para alcanzar el éxito.
- ❖ A mi familia por hacer de mí una mejor persona, a través de sus consejos, enseñanzas, comprensión, apoyo e infinito amor.

RESUMEN

Bajo condiciones de campo se evaluó la reacción parásito – hospedante y los estados fenológicos predominantes de la uva de mesa var. Red Globe injertada sobre tres patrones en un suelo naturalmente infestado por *Meloidogyne* spp. Durante la fase post poda de producción. Se aplicó un diseño de bloques completos al azar, con 3 bloques, se evaluaron 7 plantas de cada variedad/patrón/bloque. Las evaluaciones se realizaron en agosto de 2014 y octubre de 2015. Se determinó que los patrones Dog Rigde, VG y R 110 presentaron una reacción de susceptibilidad a *Meloidogyne* spp. Se observó que presentaron una tendencia parecida en la dinámica poblacional del nematodo en el suelo y reproductiva sobre raíces. Los niveles de infestación del nematodo en el suelo aumentaron progresivamente desde agosto de 2014 hasta mayo de 2015, el máximo potencial reproductivo se alcanzó entre enero y mayo. Los tres patrones alcanzaron el estado de madurez de la baya a los 140 días con una acumulación térmica de 1902.6 grados días, desde el inicio de yema hinchada hasta lograr el 100% de madurez. Los mayores parámetros de vigos vegetativos y productivos se observaron en la var. Red Globe injertada sobre el patrón Dog Rigde, lo que se atribuye a la influencia del genotipo del patrón y a los menores niveles reproductivos de *Meloidogyne* spp. estimados sobre el patrón.

Palabras claves: Vitis, nematodo del nudo de la raíz, R110, VG, Dog Rigde, fenología.

ABSTRACT

Under field conditions the parasite - host reaction and the predominant phenological stages of table grape var. Red Globe grafted on three patterns in a naturally infested soil by *Meloidogyne* spp. During the post pruning phase of production. A randomized complete block design was applied with 3 blocks, 7 plants of each variety / pattern / block were evaluated. Evaluations were carried out between August 2014 and October 2015. It was determined that the Dog Rigde, VG and R 110 patterns showed a susceptibility reaction to *Meloidogyne* spp. It was observed that they presented a similar tendency in the population dynamics of the nematode in the soil and reproductive on roots. The nematode infestation levels in the soil increased progressively from August 2014 to May 2015, the maximum reproductive potential was reached between January and May. The three patterns reached the maturity stage of the berry at 140 days with a thermal accumulation of 1902.6 degrees days, from the beginning of swollen bud to reach 100% maturity. The highest parameters of vegetative and productive vigors were observed in var. Red Globe grafted on the Dog Rigde pattern, which is attributed to the influence of the genotype of the pattern and the lower reproductive levels of *Meloidogyne* spp. Estimated on the pattern.

Key words: Vitis, root knot nematode, R110, VG, Dog Rigde, phenology.

ÍNDICE GENERAL

	Página
CAPÍTULO 1	
1. Introducción	1
2. Objetivos	2
CAPÍTULO 2	
2. Revisión de bibliografía	3
2.1. Características del cultivar Red Globe	3
2.2. Morfología de la uva de mesa	3
2.3. Fenología de la uva de mesa	5
2.4. Efectos de los patrones sobre la vid	7
2.5. Efecto de los patrones sobre la fenología de la vid	8
2.6. Nematodos asociados a la vid	9
2.6.1. <i>Meloidogyne</i> spp.	9
2.6.2. Distribución y hospedantes	10
2.6.3. Biología y ciclo de vida	10
2.6.4. Sintomatología	11
2.6.5. Control químico	12
2.6.6. Control Biológico	13
2.6.7. Patrones de vid resistentes a nematodos	13
CAPITULO 3	
3. Material y métodos	15
3.1. Fase de campo y laboratorio	15
3.2. Duración de la investigación	15
3.3. Descripción del área experimental	15
3.4. Evaluación de las fases fenológicas	16
3.5. Muestreos para evaluar la dinámica poblacional de <i>Meloidogyne</i> spp.	18
3.6. Extracción de J2 más huevos de <i>Meloidogyne</i> spp.	18
3.7. Diseño experimental y análisis de datos	19
CAPITULO 4	
4. Resultados y discusión	20
4.1. Reacción Hospedante Parasito	20

4.2. Estados fenológicos	22
4.3. Vigor vegetativo y productivo	25
CAPITULO 5	
5. Conclusiones	28
CAPITULO 6	
6. Recomendaciones	29
CAPITULO 7	
7. Referencias bibliográficas	30
8. ANEXO	36

ÍNDICE DE FIGURAS

	Página
Figura 1. Dinámica de poblaciones de diferentes estados de <i>Meloidogyne</i> spp. sobre tres patrones de vid durante 13 meses (años 2014 y 2015) en un campo comercial ubicado en el valle de Cieneguillo, Piura.	21
Figura 2. Fases fenológicas de uva de mesa var. Red Globe A: yema hinchada, B: Hoja verde, C: Aparición de racimo, D: Inicio de floración, E y F: 100% floración, G: Crecimiento de racimo H: Crecimiento de baya, I: Ablandamiento, J: Racimo en envero, K: Pinta media, L: 100 % pinta, M: 100% madurez.	24
Figura 3. Parámetros de vigor vegetativo y productivos de la var. Red Globe injertada sobre tres patrones de vid en condiciones de campo y naturalmente infestados por <i>Meloidogyne</i> spp., valle de Cieneguillo, Piura.	26
Figura 4. Parámetros productivos de la var. Red Globe injertada sobre tres patrones de vid en condiciones de campo y naturalmente infestados por <i>Meloidogyne</i> spp., valle de Cieneguillo, Piura.	27

ÍNDICE DE ANEXOS

		Página
Cuadro 1.	Niveles poblacionales de los diferentes estados de <i>Meloidogyne</i> spp. en suelo y raíces de vid en una parcela comercial ubicada en el valle de Cieneguillo, Piura, durante agosto de 2014 y setiembre de 2015.	20
Cuadro 2.	Grados días acumulados y días entre cada fase de la var. Red Globe injertada sobre tres patrones en un campo comercial de uva de mesa ubicada en el valle de Cieneguillo, Piura, año 2014.	23
Cuadro 3.	Análisis de la varianza del diámetro del patron en finales por planta de uva cv Red Globe en el valle de Cieneguillo.	37
Cuadro 4.	Análisis de la varianza del diámetro de la variedad en finales por planta de uva cv Red Globe en el valle de Cieneguillo.	37
Cuadro 5.	Análisis de la varianza del número de cargadores por planta de uva cv Red Globe en el valle de Cieneguillo.	37
Cuadro 6.	Análisis de la varianza de la medida de cargadores por planta de uva cv Red Globe en el valle de Cieneguillo.	38
Cuadro 7.	Análisis de la varianza del N° de Racimos por planta de uva cv Red Globe en el valle de Cieneguillo.	38
Cuadro 8.	Análisis de la varianza de la medida final de racimos por planta de uva cv Red Globe en el valle de Cieneguillo.	38
Cuadro 9.	Análisis de la varianza del diámetro final de la baya por planta de uva cv Red Globe en el valle de Cieneguillo.	39
Cuadro 10.	Análisis de la varianza del peso de Racimo por planta de uva cv Red Globe en el valle de Cieneguillo.	39
Cuadro 11.	Análisis de la varianza de los grados Brix por planta de uva cv Red Globe en el valle de Cieneguillo.	39

CAPITULO 1

1. INTRODUCCIÓN

La uva de mesa se cultiva en Ica y otras regiones del norte del Perú, se exporta a más de 60 mercados, son los Estados Unidos el principal mercado de exportación (38 % de participación), seguido de los Países Bajos, Hong Kong y China. Es un cultivo en continuo crecimiento en la región Piura. En el 2016, el Perú se consolidó como el segundo exportador de uvas a Estados Unidos y el quinto a nivel mundial, superando los US\$ 650 millones en ventas con un volumen total de 288,178 toneladas (ADEX, 2016). La uva de mesa es actualmente el alimento fresco peruano de mayor exportación, por encima del espárrago, con perspectiva de crecimiento favorable en el mercado mundial.

Vitis vinifera es nativa del Asia y de la región del Cáucaso; desde ahí se diseminó a toda Europa, la cuenca del Mediterráneo, la región subtropical de Australia, África del Sur y Norte y Sur América (Brown *et al.*, 1993). La adaptación satisfactoria de la uva de mesa al clima cálido y seco de Piura la ha convertido en un cultivo prioritario para la diversificación de la agricultura en la región. Sin embargo, las plagas y enfermedades que amenazan a este cultivo adquieren mayor importancia como factores adversos. Los nematodos parásitos que afectan las raíces de la vid, principalmente, el “nematodo agallador de las raíces” (*Meloidogyne* spp.) es el más diseminado y severo en suelos arenosos, causando niveles de daños que inciden en la disminución de los rendimientos en pocos años.

La viticultura piurana se inició aproximadamente durante el año 2007, las plantaciones comerciales iniciaron sus actividades con la introducción del cultivar Red Globe injertada sobre los patrones MGT, Harmony y Freedom; estos patrones son muy susceptibles a *Meloidogyne* spp., los altos niveles de infestación observados causan la pérdida de vigor de las plantas en poco tiempo y en algunos casos es necesario la replantación del cultivo. La aplicación de nematicidas químicos organofosforados y carbamatos y biológicos son los métodos más usados para el control de *Meloidogyne*

spp., éstos son poco eficientes debido a varios factores físicos inherentes al nematocida y medio ambiente suelo. Por tanto, es necesario evaluar otras alternativas que permitan el desarrollo sostenible de este cultivo en el tiempo, por lo que la evaluación experimental de otros patrones de vid bajo condiciones de campo para observar la respuesta parásito-hospedante pueden contribuir a contar con mayores alternativas de manejo de este nematodo.

2. OBJETIVOS

a. Evaluar el tipo de reacción parásito – hospedante de tres patrones de vid frente al “nematodo agallador de raíces” *Meloidogyne* spp. bajo condiciones de un suelo naturalmente infestado.

b. Evaluar los estados fenológicos predominantes de la uva de mesa var. Red Globe injertada sobre tres patrones en un suelo naturalmente infestado por *Meloidogyne* spp. durante la fase post poda de formación ciclo verano - otoño.

CAPITULO 2

2. REVISIÓN DE BIBLIOGRAFÍA

2.1. Características del cultivar Red Globe

El cultivar Red Globe fue obtenida por H. Olmo y A. Koyama en Davis, California, EE.UU.; mediante el cruzamiento (Hunisia x Emperor) x (Hunisia x Emperor x Nocera). Posee bayas redondas, achatadas de tamaño muy grande (diámetro: 25 a 27 mm). Su color es rosado brillante a rojo. Posee pulpa carnosa y firme de sabor neutro. El hollejo es fino, resistente y fácil de desprender con abundante pruina. Posee de 3 a 4 semillas, que se separan fácilmente. El racimo es uniforme, grande (800 a 1.200 g), largo, bien lleno y muy suelto, con hombros medianos a largos y de aspecto atractivo. El pedúnculo es largo y fino, con tendencia a lignificarse en la base. En cuanto a sus características agronómicas es una cultivar de mediano vigor, poco follaje y con hojas de reducido tamaño. Es muy productiva, por lo que es necesario regular la carga para no afectar el desarrollo del color de las bayas. Fructifica sobre yemas basales, su maduración es tardía, con 16,0 a 16,5 °Brix y posee baja relación azúcar / acidez. Es sensible a la sobrecarga de racimos, resintiéndose el vigor. Posee muy buena conservación frigorífica y resistente al transporte. Los principales problemas que tiene esta cultivar son la sensibilidad a los golpes de calor y la dificultad en la toma de color. Frecuentemente las bayas sufren daños debido a las altas temperaturas y a vientos cálidos (Cáceres 1996, Muñoz y Lobato 2000, Vaysse *et al.*, 2001).

2.2. Morfología de la uva de mesa

Las yemas de la vid son compuestas, raramente simples. Están constituidas exteriormente por escamas protectoras de forma triangular y de color pardo, bajo estas existe una segunda protección llamada algodón o borra, de color blanquecino. Ambas estructuras protegen de uno a varios conos vegetativos con sus respectivos meristemas terminales o ápices vegetativos, sinónimos de brotes en miniatura con todos sus

órganos: hojas, zarcillos, uno a tres racimillos de flores y bosquejos de yemas. La complejidad y grado de fertilidad no es externamente diferenciable como en otros frutales. Existen diferentes tipos de yemas, las cuales se pueden clasificar según el momento de brotación en las siguientes categorías: yema pronta o de brotación anticipada, yemas latentes, yemas adventicias. También se puede clasificar a las yemas de acuerdo a su ubicación en las siguientes categorías: yemas terminales, yemas axilares y yemas basilares, ciega, contra ciega y casqueras (Hidalgo, 1999; Reynier, 1995).

La vid tiene varias raíces principales, que nacen lateralmente sobre la porción del tallo usado como estacilla, sistema de propagación más usado para la vid. El cultivar va a influir sobre la ubicación de las raíces en la estacilla, así como también sobre la dirección, longitud y diámetro de éstas. Las raíces principales dan nacimiento a las secundarias, para finalizar en las absorbentes, conformando todo el conjunto la cabellera. Las raíces de la vid colonizan las capas poco profundas del suelo, comprendidas entre los 20 y 50 cm, aunque excepcionalmente se pueden encontrar hasta los 6 m (Reynier, 1995).

La vid, es una enredadera que se debe podar severamente para regular el crecimiento, y entutorarla si se quiere elevar por encima del suelo, es por esto que se distingue fácilmente de otras especies frutales. El tronco se divide en brazos, y ambas estructuras están constituidas por madera vieja. Los brazos son los portadores de la madera de poda; pitones y/o cargadores, sobre los cuales se desarrollan los brotes del año. Las partes del tronco, desde el exterior al interior son las siguientes: liber, capa cambial, y madera. En el agostamiento, o lignificación de los brotes anuales, aparece en el liber una capa llamada suberofelodérmica o felógeno, la cual forma súber hacia el exterior y felodermis hacia el interior. El súber aísla los tejidos periféricos, los cuales se secan y mueren, tomando una coloración pardo – negruzca y agrietada, la cual se desprende con facilidad y comúnmente se llama ritidoma. Los brotes se originan de las yemas, están constituidos por entrenudos separados por abultamientos, también llamados nudos, donde se insertan: hojas, inflorescencias, zarcillos y yemas. La longitud del sarmiento va de uno a varios metros, dependiendo del cultivar, vigor y sanidad. En

el brote se pueden distinguir dos partes: una preformada, que existía en la yema y tiene un largo de cuatro a diez entrenudos, y otra que se desarrolla a partir de la yema terminal. El brote de la vid tiene una característica propia, ladorsiventralidad, según ésta, todas las yemas prontas se ubican en el dorso, y las latentes en el vientre (Reynier, 1995).

La disposición de las hojas en el brote es alterna y opuesta. Éstas se componen de un pecíolo y un ensanchamiento en lámina, llamado limbo. El primero es un eje por el cual pasan los haces libero leñosos, que unen el limbo con el brote, y su longitud varía de acuerdo con el cultivar. El pecíolo se prolonga en el limbo a través de cinco nervios, que se dividen en nervios de órdenes superiores e irrigan toda la superficie del limbo. La hoja se compone de cinco lóbulos, separados por senos o interrupciones marcadas en la dentadura de la hoja. La hoja adulta es el órgano principal para el reconocimiento de cultivares y patrones, ya que varían en tamaño, vellosidad, forma y color. La importancia de las hojas se desprende de sus funciones, que son: transpiración, fotosíntesis y respiración (Hidalgo, 1999; Reynier, 1995).

Después de la floración, la inflorescencia queda suspendida del pedúnculo a causa del peso de los frutos, recibiendo el nombre de racimo, el cual está compuesto por el raquis (su peso al momento de la cosecha representa entre un 3 – 4% del peso del racimo) y los frutos, también llamados bayas. La forma y tamaño del racimo en la madurez dependen de la forma inicial de la inflorescencia, el número y volumen de las bayas, todas estas características varietales. En la baya, el tamaño, forma, color, consistencia, sabor, y separación del pedicelo, así como el número y tamaño de las semillas también son características varietales (Colapietra y Sicuro, 2001; Reynier, 1995).

2.3. Fenología de la uva de mesa

Los estados fenológicos definidos y considerados más importantes se encuentran:

1. Yema invernal: sólo se observan las escamas protectoras sobre las yemas.
2. Yema algodonosa, lanosidad parda visible: las escamas se abren y el algodón o borra comienza a aflorar entre éstas.
3. Puntas verdes, primer tejido foliar visible: el brote atraviesa la borra, y se expande la primera hoja, también llamado brotación.
4. Inflorescencia clara, con cinco hojas separadas y brote de 10 cm de largo: como su nombre lo indica, el racimo floral es fácilmente observable, aproximadamente cinco hojas se han separado del brote, que tiene un largo tentativo de 10 cm.
5. Inicio de caliptras partidas, con 14 hojas separadas y caliptra floral pasa de verde a verde pálido: los cuatro pétalos, que siempre se han encontrado unidos en el botón floral, cambian a una coloración más clara y empiezan a rajarse desde la base. Aproximadamente 14 hojas se han separado del brote.
6. Inicio de floración, con aproximadamente 16 hojas separadas y caída de primera caliptra floral: los pétalos comienzan a caer, sin terminar de separarse, en una estructura similar a una estrella o capuchón. Aproximadamente 16 hojas se han separado del brote.
7. Plena flor, 100% caída de caliptra floral: al golpear suavemente el racimo floral en el pedúnculo no caen restos de pétalos.
8. Término de la caída natural de bayas: al golpear suavemente el racimo floral en el pedúnculo no caen bayas, también es llamado cuaja.
9. Racimo comienza a cerrarse, bayas tocándose: al observar el racimo floral a contra luz, no hay rayos que pasan a través de él.
10. Pinta o envero, bayas comienzan a colorearse y a ensanchar: la coloración de las bayas cambia de verde oscuro a verde pálido, y hay un promedio de 10% de color rojo sobre el racimo.
11. La fruta tiene 16,5° brix: al juntar el jugo de bayas de la parte alta, media y baja del racimo, la medida de un refractómetro óptico termo compensado entrega el resultado de 16,5 °brix.
12. Comienza la caída de hojas: las hojas luego de perder la clorofila, y por lo tanto su coloración verde, comienzan a caer.
13. Termina la caída de hojas: el 50% del follaje de la planta ha caído.

La temperatura es el factor climático más importante para definir la época y velocidad de las distintas fases fenológicas de la vid. Dado que cada planta tiene su propia temperatura base bajo la cual no crece, se ha desarrollado el método residual, que consiste en restarle temperatura base a la temperatura media de cada uno de los días. A esto se le llama acumulación de grados día de crecimiento, o calor acumulado por día. El monto acumulado cada día se agrega al de los días previos, hasta que la planta ha alcanzado el estado fenológico determinado. La temperatura base, umbral de crecimiento aparente, o cero de vegetación, corresponde a 10 °C, que es la temperatura media diaria por encima de la cual se produce desarrollo, aunque es importante mencionar que esta cambia en los sucesivos estados de desarrollo fenológico y dependiendo de cultivar (Antonacci *et al.*, 2001; Oliveira, 1998; Wilson y Barnett, 1983).

Mientras más aumenta la latitud, más aumenta la estacionalidad del ambiente. A menores latitudes, la relación entre grados día y días hasta un determinado estado fenológico es casi rectilínea, en cambio a mayores latitudes la relación se hace curvilínea, y aumenta el número de días para alcanzar el estado fenológico determinado (Antonacci *et al.*, 2001).

Los cultivares de uva de mesa de madurez temprana, requieren entre 850 a 950 grados día (base 10 °C) para alcanzar su madurez (18 °brix), por otro lado, los cultivares de madurez tardía requieren de 1.150 a 1.350 grados día (base 10° C), y específicamente el cultivar Thompson Seedless, con una acumulación térmica de 1,044 grados día (base 10 °C). En todos los casos los grados día son medidos desde puntas verdes, primer tejido foliar visible, estado fenológico también conocido como brotación (Villaseca *et al.*, 1986).

2.4. Efectos de los patrones sobre la variedad

El uso de patrones empieza alrededor de 1880, como un método eficaz para la lucha contra el piojo de las raíces *Phylloxera vitifoliae* (Fitch). Gran parte de la

viticultura mundial se basa principalmente en el injerto, en el que el vástago es un cultivar de *Vitis vinifera* y el patrón es una especie de *Vitis* o un híbrido interespecífico de *Vitis* (Weaver, 1976). La razón principal para usar patrones es por su resistencia a algunos graves problemas bióticos como la filoxera y los nematodos. Reynolds y Wardle (2001) esbozaron siete criterios principales para la elección del patrón: la resistencia a la filoxera, resistencia a los nematodos, la adaptabilidad a los suelos de alto pH, adaptabilidad a suelos salinos, la adaptabilidad a los suelos de bajo pH, la capacidad de adaptación a la humedad o suelos mal drenados y la capacidad de adaptación a la sequía. Numerosos estudios han demostrado que los patrones afectan el crecimiento, rendimiento y calidad de la fruta de la vid y la calidad del vino. Estos efectos son consecuencias de una manera más o menos indirecta de las interacciones entre los factores ambientales y de la fisiología de la variedad y patrones empleados.

2.5. Efecto de los patrones sobre la fenología de la variedad

Prakash y Reddy (1990) informaron el efecto de diferentes patrones (San Jorge, Gulabi, Teleki 5A, 1616, 1613 y Dog Ridge) sobre la brotación de la variedad de vid Anab-e-Shahi, determinaron que la duración total de la brotación no se afectó significativamente por el patrón aunque el número de días requerido para la brotación fue más corta con Gulabi y más larga con Dog Ridge. Tangolar y Ergenoglu (1989) observaron que el tiempo de la brotación no es afectada significativamente por el patrón, aunque tendía a ser más temprana sobre 420A y Rupestris du Lot. El tiempo de la fructificación puede verse afectada por el patrón, Novello *et al.* (1996) usando el cultivar Erbaluce y los patrones 101-14, 420A, Rupestris du Lot, K5BB y SO4; encontraron que el patrón 420A es el más eficaz en la estimulación de la fructificación, induciendo mayor precocidad. Fardossi *et al.* (1995) injertaron uva Gruner Veltliner sobre diez patrones, demostraron que la maduración se produjo antes en 1103P, G1 y Riparia Sirbu que en los otros siete.

2.6. Nematodos asociados a la vid

Todas las especies de nematodos asociadas a la vid son edáficas y se alimentan de sus raíces, el efecto que producen es, en muchos casos, de muy difícil evaluación debido, por un lado, a su asociación con otros organismos patógenos y, por otro al hecho de que los síntomas que producen son en general inespecíficos, como falta de vigor, bajo rendimiento, decoloraciones y poca resistencia a la sequía, que pueden confundirse con estrés hídrico o deficiencias nutricionales. La aparición de esta sintomatología en parches dentro del cultivo permite sospechar que es causada por nematodos. La nematofauna asociada al cultivo de vid está representada por unas 300 especies, pertenecientes a 72 géneros, con especies fitoparásitas, saprófagas o depredadoras. Entre ellas, se han citado 37 especies parásitas de la vid, siendo los nematodos de mayor repercusión en el viñedo los ectoparásitos migratorios vectores de virus de la familia Longidoridae, aunque los más importantes por su acción directa sobre el cultivo son los endoparásitos sedentarios del género *Meloidogyne*, endoparásitos migratorios del género *Pratylenchus*, semiendoparásitos como *Tylenchulus semipenetrans* que origina problemas graves principalmente en los viñedos de Australia, ectoparásitos sedentarios como *Macroposthonia xenoplax* que produce clorosis y otras alteraciones en viñedos de California y algunas especies de *Paratylenchus*, los semiendoparásitos de los géneros *Helicotylenchus*, *Rotylenchus* y el ectoparásito *Tylenchorhynchus* aparecen frecuentemente asociados al cultivo, pero se conoce poco de su posible patogenicidad (Arias y Navacerrada, 1973; Ferris y McKenry, 1975; Pinochet y Cisneros, 1986; Loubser, 1988; Brown *et al.*, 1993; Pinkerton *et al.*, 2004).

2.6.1. *Meloidogyne* spp.

El género *Meloidogyne* Goeldi, 1892 (Nematoda: Heteroderidae) comprende a un grupo de nematodos parásitos de plantas de amplia distribución en el mundo, son polífagos y endoparásitos de raíces, se conocen como los “nematodos formadores de nódulos o agallas radiculares”. Se han descrito más de 100 especies, pero se considera

que cuatro son las especies importantes y destructivas que causan el 90 % del daño estimado en el mundo (Sasser, 1980; Eisenback et al., 1981; Siddiqi, 2000).

2.6.2. Distribución y hospedantes

Las especies de *Meloidogyne* spp. son parásitos obligados con una amplia distribución geográfica y rango de hospedantes. Tienen la capacidad de infectar raíces de numerosas plantas, con un rango de hospedantes que comprende más de 3.000 especies vegetales (Abad et al., 2003), por lo tanto, se pueden considerar en general como polífagos. *M. incógnita*, *M. arenaria*, *M. javanica* y *M. hapla* son las especies generalizadas que representan el 95 % de los nematodos formadores de agallas radicales. Las primeras tres especies son de regiones tropicales y templadas, mientras que *M. hapla* se encuentra en climas fríos (Lamberti, 1979).

2.6.3. Biología y ciclo de vida

Meloidogyne spp. son endoparásitos de raíces secundarias y tubérculos, sobre los cuales producen deformaciones y agallas en plantas infectadas. Se reproducen principalmente por partenogénesis, aunque se puede presentar la fertilización sexual. La diferenciación de sexos puede estar determinada por el medioambiente (Williamson y Hussey, 1996).

Tiene un ciclo de vida complejo, el segundo estado juvenil (J2) es el estado infectivo que migran a través del suelo atraídos por las raíces de las plantas hospederas. Los J2 se concentran en la zona del meristemo apical, elongación celular y cerca del punto de emergencia de las raíces laterales; usualmente penetran la raíz justo detrás de la cofia (punta de la raíz). La penetración involucra la acción mecánica del estilete y la acción de enzimas segregadas por las glándulas del esófago. Después de la penetración, los J2 migran intercelularmente primero hacia la punta de la raíz y luego hacia el tejido vascular en desarrollo hasta alcanzar el floema primario o también las células indiferenciadas del parénquima adyacente, en donde se establecen e inician su

alimentación (Dropkin, 1980; Wyss *et al.*, 1992). En respuesta a la alimentación del nematodo, el tejido de la planta experimenta cambios en su morfología y fisiología, probablemente como respuesta a las secreciones del nematodo y a sustancias producidas por la planta. Algunas células cercanas a la corteza, periciclo y parénquima cortical se dividen y alargan formando nódulos o agallas (Dropkin, 1980), transformándose en células nodriza o células gigantes, hipertrofiadas, multinucleadas, metabólicamente activas (Huang, 1985) y de donde el nematodo obtiene su alimento. La formación de estas células es de vital importancia para que el nematodo continúe su desarrollo. El J2 adquiere forma hinchada, deja de alimentarse y muda 3 veces hasta convertirse en pocos días en un macho o hembra adulta. Los machos, en la cuarta muda asumen el aspecto alargado, salen de la raíz y no se alimentan, pueden encontrarse libres en el suelo o cerca de hembras adultas. Mientras que las hembras adquieren forma de pera, con la parte anterior móvil y estrecha, y la posterior gruesa e inmóvil; reinician la alimentación en las mismas células gigantes, manteniéndose sedentarias por el resto de sus vidas. La hembra deposita entre 500 a 1000 huevos dentro de una matriz gelatinosa en la superficie de la raíz. El ciclo de vida dura entre 3 a 4 semanas en hospedantes susceptibles y suelos templados (25 – 30 °C). Masas de huevos sobreviven al estrés por humedad y las raíces infectadas podrían conservar nematodos en reproducción por largos períodos después de la cosecha (Dropkin, 1980).

2.6.4. Sintomatología

El daño que ocasionan a las plantas se debe principalmente a la alteración de los tejidos vasculares de la raíz, que reduce sustancialmente la absorción de nutrientes y agua, con el consiguiente debilitamiento de la planta y disminución del rendimiento (Orton Williams, 1973; Siddiqi 2000; Abad *et al.* 2003). Además, los efectos negativos de *Meloidogyne* se agravan en algunas ocasiones por interacciones con otros patógenos. Los síntomas más comunes e indirectos son la reducción del crecimiento, clorosis del follaje, susceptibilidad al marchitamiento y menor producción de frutos. La mayoría de especies de *Meloidogyne* inducen a la raíz infectada a engrosarse alrededor del punto donde el nematodo se está alimentando, formándose así el típico nódulo radicular. Los

nódulos pueden presentarse simples, o varios de ellos coalescen para formar un conjunto masivo de nódulos. Algunas especies estimulan también a la planta a producir muchas raíces laterales que emergen de la agalla, lo que da por resultado un sistema radical compacto, anormalmente abundante y entrelazado. Aunque algunas especies producen un tipo característico de nodulación, la identificación de ellas no puede hacerse basándose solamente en estos síntomas radicales (Eisenback *et al.*, 1981).

2.6.5. Control químico

Los nematicidas químicos se han clasificado de acuerdo a su método de aplicación en dos grandes grupos, los fumigantes y los no fumigantes. Estos últimos en diversas situaciones han demostrado menor eficacia que los fumigantes, y tienen su actividad nematicida fundamentalmente sobre los estadios activos de los nematodos, pero no sobre huevos, retrasando su eclosión. Los no fumigantes no son tan fitotóxicos como los fumigantes, por lo que en muchas ocasiones sólo se pueden usar en postplantación (Haydock *et al.*, 2006; Díez-Rojo *et al.*, 2010). Los fumigantes utilizados y permitidos en la actualidad incluyen las mezclas de 1,3-D (1,3-dichloropropano), generadores de isotiocianato de metilo (metam sodio, metam potasio y dazomet), tetratiocarbonato de sodio que libera disulfuro de carbono y el ioduro de metilo. En un principio los metam ya sea el sódico o el potásico, así como el dazomet no son fumigantes, pero tras su aplicación en el suelo desprenden metilisotiocianato (Nyczepir y Thomas, 2009). Los nematicidas no fumigantes no son supresivos a poblaciones de nematodos como los fumigantes debido a que no presentan una actividad de amplio espectro (Luc *et al.*, 2005). Se formulan como materiales granulados y líquidos, aquí se incluyen a productos como el aldicarb, oxamyl, ethoprop/ethoprophos, fenamiphos, carbofuran, fosthiazate y terbufos, todos ellos tienen al menos una eficacia moderada contra *Meloidogyne* spp. en condiciones de campo e invernadero. A su vez los no fumigantes se dividen en dos grupos clases químicas los organofosforados y los carbamatos. Ambas clases son considerados nemastáticos, debido a que su efecto es reversible, y no nematicida. Actúan inhibiendo la acetilcolinesterasa (Opperman y Chang, 1990; Haydock *et al.*, 2006).

2.6.6. Control Biológico

Varias alternativas no químicas pueden utilizarse para el manejo de nematodos parásitos de plantas. Sin embargo, algunos métodos no químicos no son efectivos cuando son usados solos, por lo que la integración de métodos es necesaria para lograr un manejo óptimo del nematodo, particularmente en un sistema sustentable (Roberts, 1993; Noling y Becker, 1994). Aplicaciones de enmiendas orgánicas y la rotación de cultivos se han evaluado para el manejo de nematodos (Muller y Gooch, 1982; Rodríguez-Kábana, 1986; Trivedi y Barker, 1986), aunque los resultados han sido inconsistentes (McSorley y Gallaher, 1995). El control biológico es una alternativa de manejo de poblaciones de nematodos a través de diferentes mecanismos: parasitismo, predación, competencia y antibiosis. Numerosos organismos del suelo atacan a los nematodos fitoparásitos, entre ellos los hongos y bacterias son los más conocidos, aunque también los protozoos, insectos, ácaros y nematodos depredadores ejercen regulación bajo diferentes condiciones del ecosistema (Rodríguez-Kabana *et al.*, 1984).

2.6.7. Patrones de vid resistentes a nematodos

Los patrones se han utilizado en la viticultura para proteger contra plagas del suelo desde hace 150 años. Los patrones disponibles para la vid difieren en su susceptibilidad a los nematodos. La fácil propagación, la compatibilidad del portainjerto con la variedad y su adaptación a una amplia gama de condiciones del suelo son las más importantes características en la selección de patrones (Reisch *et al.*, 2012). En los primeros estudios se seleccionaron patrones derivados de cruces interespecíficos de *Vitis* por resistencia a los nematodos parásitos, el *V. champini* cultivares Ramsey y Dog Ridge se caracterizaron por presentar una resistencia duradera a los nematodos parásitos. La fuentes de resistencia a *Meloidogyne incognita* han sido reportados en *V. aestivalis*, *V. champinii*, *V. cinerea*, *V. mustangensis* (sin. *V. candicans*), *V. rupestris* y *Muscadinia rotundifolia*; y a *Xiphinema index*: *V. arizonica*, *V. candicans*, *V. rufotomentosa* y *M. rotundifolia* (Nesbitt, 1974; Harris, 1984; Walker *et al.*, 1994; Cousins *et al.*, 2003).

El cultivares Harmony y Freedom resistentes al nematodo del nudo de la raíz, que se crearon por cruces complejos entre *V. champinii*, *V. longii*, *V. vinifera*, *V. riparia* y *V. labrusca*, fueron los primeros que emergieron de un programa de mejoramiento formal (Garris *et al.*, 2009; Weinberger y Harmon, 1966; Reisch *et al.*, 2012). En general, los patrones se han desarrollado o seleccionado por resistencia a no más de una especie de nematodo. Recientemente, se han desarrollado y lanzado los patrones resistentes USDA 10-17A, USDA 10-23B, USDA 6-19B, RS-3 y RS-9 que exhiben resistencia a más de una especie de nematodo (Anwar *et al.*, 2002.; Gu y Ramming, 2005a, b). Además, la presión de selección que resulta del amplio uso del patrón Harmony ha dado lugar a la aparición patotipos virulentas a *M. incognita* y *M. arenaria* (Cain *et al.*, 1984; Anwar y McKenry, 2002). Similares patotipos virulentos se encuentran estrechamente relacionados al patrón Freedom (Anwar *et al.*, 1999). Recientemente Ferris *et al.* (2012) han lanzado los patrones UCD GRN1, UCD GRN2, UCD GRN3, UCD GRN4 y UCD GRN5, los cuales presentan una resistencia combinada casi completa o completa a *M. incognita* raza 3, *M. incognita* patotipo Harmony C, *M. arenaria* patotipo Harmony y *Xiphinema index*.

CAPITULO 3

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Fase de Campo y Laboratorio

El trabajo de investigación se desarrolló en un lote de producción de uva de mesa de la Empresa Agrícola San José, ubicada en el sector Cieneguillo Centro margen izquierda del canal Daniel Escobar, valle del Chira, provincia de Sullana, situada geográficamente entre las coordenadas 04° 53'18" de latitud sur y 80° 41' 07" de longitud oeste. Los análisis de poblaciones del nematodo se realizaron en el laboratorio de Nematología del Departamento de Sanidad Vegetal de la Universidad Nacional de Piura

3.2. Duración de la investigación

El trabajo de investigación se llevó a partir de agosto de 2014 hasta setiembre de 2015.

3.3. Descripción del área experimental

El área en estudio consistió en una línea de plantación de 126 m orientada norte-sur ubicada en el Lote 5, en la cual se establecieron 3 bloques. En cada bloque se distribuyó al azar plantas de la var. Red Globe injertada sobre los patrones Dog Ridge, R 110 y VG de 6 meses de edad de trasplante. Por bloque se evaluó 7 plantas de cada variedad/patrón, haciendo un total de 21 plantas/bloque. El distanciamiento entre plantas es de 2 m, el lote presentó un sistema riego a goteo mediante dos cintas paralelas separadas 30 cm, ubicadas en ambos lados del tronco de la planta.

El sistema de conducción es del tipo "parrón español" con soporte en espaldera vertical con tres alambres, su forma de conducción es de "espina de pescado".

Todas las técnicas de cultivo tales como abonamientos, aplicaciones de insumos fitosanitarios (sin nematocidas químicos o biológicos), mantenimiento del suelo, control de malezas y otras se aplicaron por igual a todos los tratamientos durante la conducción de la investigación.

3.4. Evaluación de las fases fenológicas

El ciclo fenológico se evaluó cronológicamente inmediatamente después de la poda de formación y a partir de la aplicación del compensador de frío (cianamida hidrogenada) al 2,5%. Desde este momento se inició la estimación de los períodos fenológicos para establecer la media de los procesos, se consideró el momento en que las plantas alcanzan el 50% y 100 % de los estados de yema hinchada, yema algodón o las puntas verdes y emergencia de inflorescencia, de acuerdo con la escala de la BBCH (Biologische Bundesanstalt Bundessortenamt Chemise) de los estados fenológicos de desarrollo de la vid.

Para las evaluaciones fenológicas se seleccionaron 5 plantas por bloque/patrón las cuales fueron homogéneas en cuanto a diámetro del tronco, número y vigor de los cargadores, número de yemas, y aparentemente libres de plagas y enfermedades. En cada planta se eligió al azar un pitón o cargador, el cual se marcó con cinta plástica amarilla de dos cm de ancho y un m de largo con un nudo suelto. Las observaciones se realizaron sobre el brote de la segunda yema brotada. Cada dos días, se recorrió el campo experimental para observar el estado fenológico en los pitones o cargadores, información que se registró en una planilla de fenología. Esta planilla fue un papel milimetrado en el que aparece el número de yemas, hojas e inflorescencias versus los días transcurridos y así se determinó el inicio de cada etapa, al 50 % de cada etapa y el 100 % o término de esa fase.

Los estados fenológicos que se registran en la planilla están basados en los definidos en los siguientes puntos (Lorenz, 1994):

1. Yema hinchada: sólo se observan las escamas protectoras sobre las yemas.

2. Yema algodonosa, lanosidad parda visible: las escamas se abren y el algodón o borra comienza a aflorar entre estas.
3. Puntas verdes, primer tejido foliar visible: el brote atraviesa la borra, y se expande la primera hoja, también llamado brotación.
4. Inicio de caliptras partidas, con 14 hojas separadas y caliptra floral pasa de verde a verde pálido: los cuatro pétalos, que siempre se han encontrado unidos en el botón floral, cambian a una coloración más clara y empiezan a rajarse desde la base. Aproximadamente 14 hojas se han separado del brote.
5. Inicio de floración, con aproximadamente 16 hojas separadas y caída de primera caliptra floral: los pétalos comienzan a caer, sin terminar de separarse, en una estructura similar a una estrella o capuchón. Aproximadamente 16 hojas se han separado del brote.
6. Plena flor, 100% caída de caliptra floral: al golpear suavemente el racimo floral en el pedúnculo no caen restos de pétalos.
7. Racimo comienza a cerrarse, bayas tocándose: al observar el racimo floral a contra luz, no hay rayos que pasan a través de él.
8. Pinta o envero, bayas comienzan a colorearse y a ensanchar: la coloración de las bayas cambia de verde oscuro a verde pálido, y hay un promedio de 10% de color rojo sobre el racimo.
9. La fruta tiene 16,5° brix: al juntar el jugo de bayas de la parte alta, media y baja del racimo, la medida de un refractómetro óptico termo compensado entrega el resultado de 16,5 °brix.

Para cada etapa fenológica, se contó los días transcurridos entre cada fecha y los días acumulados desde el inicio de yema hinchada hasta llegar al 100 %. También se registró los grados días (base 10°C), con el fin de determinar la suma de temperaturas acumuladas entre el inicio de cada etapa hasta el 100 %, o sea el final de esta etapa. La fórmula para estimar los grados días fue la siguiente:

$$DD = \sum \left(\frac{T_{\max(^{\circ}C)} + T_{\min(^{\circ}C)}}{2} - 10^{\circ}C \right)$$

por 5 min los restos de raíces para extraer los huevos contenidos en las masas (Hussey y Barker, 1973).

3.7. Diseño experimental y análisis de datos

Se aplicó un diseño de bloques completos al azar (DBCA) con tres repeticiones. Cada unidad experimental por bloque estuvo compuesta de 5 plantas/patrón. Los promedios mensuales de las densidades de poblaciones de *Meloidogyne* spp. se utilizaron para analizar la dinámica de poblaciones y posibles diferencias entre los patrones. Para el análisis de los datos se realizó un análisis de la varianza (ANVA), seguido por el Test de Rangos Múltiples de Duncan para la separación de promedios, en caso de que los valores de F fueran significativos. Para todos los análisis de datos se trabajó con el software Statgraphics Plus 5.1.

CAPITULO 4

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Reacción hospedante parásito

En los tres patrones los niveles poblacionales de J2 de *Meloidogyne* spp. en el suelo aumentaron progresivamente desde agosto de 2014 hasta mayo de 2015 y entre junio y setiembre de 2015 descendieron significativamente. Durante mayo de 2015 se observó el pico poblacional más alto (Fig.1A) y el patrón VG destacó por presentar las menores poblaciones del nematodo (151.3 J2/100 cm³ de suelo) (Cuadro 1).

Cuadro 1. Niveles poblacionales de los diferentes estados de *Meloidogyne* spp. en suelo y raíces de vid en una parcela comercial ubicada en el valle de Cieneguillo, Piura, durante agosto de 2014 y setiembre de 2015.

Mes	Patrón					
	Dog Rigde		R 110		VG	
	J2 / 100 cm ³ suelo	H+J2 / g raíz	J2 / 100 cm ³ suelo	H+J2 / g raíz	J2 / 100 cm ³ suelo	H+J2 / g raíz
Ago-14	1.3	0.0	0.0	0.0	0.3	0.0
Set-14	1.7	0.0	1.3	0.0	2.0	60.0
Oct-14	4.7	0.0	4.0	0.0	14.3	123.3
Nov-14	12.7	276.7	18.7	248.3	7.3	120.0
Dic-14	2.0	80.3	2.0	51.7	1.3	48.3
Ene-15	19.0	766.7	55.0	786.7	12.0	683.3
Feb-15	22.0	833.3	27.3	3686.7	55.3	2600.0
Mar-15	38.0	1816.6	26.7	1466.7	49.7	983.3
Abr-15	59.3	1080.0	54.7	6	47.3	915.0
May-15	300.7	896.7	240.0	443.3	151.3	870.0
Jun-15	7.0	105.0	8.3	823.3	10.0	40.0
Jul-15	23.0	103.3	11.7	115.0	19.3	100.3
Ago-15	45.0	73.3	26.0	98.3	109.7	160.0
Set-15	10.3	83.3	6.0	103.3	21.3	128.3
Promedio	39.0	436.8	34.4	60.0	35.8	488.0

En la Figura 1A se observan las fluctuaciones mensuales de las poblaciones del nematodo, observándose un segundo pico poblacional durante el mes de agosto, en este periodo el patrón VG presentó las más altas poblaciones (109.7 J2/100 cm³ de suelo).

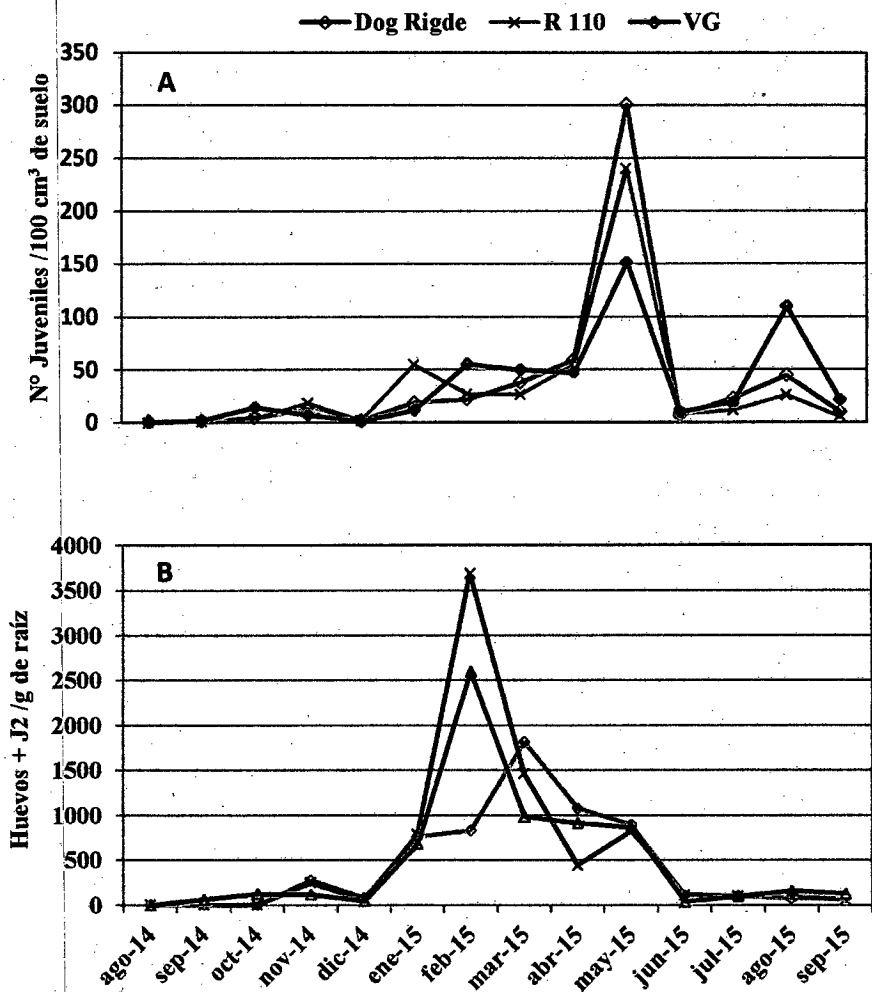


Figura 1. Dinámica de poblaciones de diferentes estados de *Meloidogyne* spp. sobre tres patrones de vid durante 13 meses (años 2014 y 2015) en un campo comercial ubicado en el valle de Cieneguillo, Piura.

En la dinámica reproductiva de *Meloidogyne* spp., los tres patrones presentaron una tendencia parecida (Fig. 1B), el máximo potencial reproductivo del nematodo se alcanzó entre enero y mayo, estimándose que en el patrón R110 se produjo el mayor nivel de inóculo (3686.7 huevos+J2/g de raíz) durante el mes de febrero (Cuadro 1). Posteriormente, entre junio y setiembre la reproducción del nematodo disminuyeron considerablemente en los tres patrones (< 160 huevos + J2/g de raíz) (Cuadro 1).

Chang (2014) en su investigación realizada en el mismo campo comercial y en plantaciones productivas concluyó que las densidades de poblaciones de *Meloidogyne* spp. en los patrones Harmony y Freedom aumentaron durante el verano y disminuyeron gradualmente entre el otoño y primavera, con un ligero incremento entre invierno a primavera. En esta investigación, se observó un aumento gradual de las poblaciones del nematodo en el suelo desde el inicio de los muestreos (agosto de 2014) hasta alcanzar los máximos niveles poblacionales en mayo de 2015, probablemente esta dinámica estuvo estrechamente relacionada con la edad y el crecimiento vegetativo de las plantas (5 meses de edad al trasplante) y los bajos niveles poblacionales iniciales en el suelo (Cuadro 1). Sin embargo, sí se coincide con Chang (2014) respecto a las fluctuaciones poblacionales de los niveles reproductivos del nematodo, determinándose que la mayor reproducción del nematodo coincidió con la estación de verano, debido principalmente a las altas temperaturas y mayor densidad de raíces.

Los tres patrones presentaron una reacción de susceptibilidad, con una continua y activa dinámica poblacional, debido a la interacción del hospedante (susceptible) y al medio ambiente favorable, principalmente textura arenosa y altas temperaturas (Loubser y Meyer, 1987; Loubser, 1988). Se conoce, que en las regiones tropicales y seco tropicales, caso de Piura, donde las temperaturas no varían mucho entre estaciones, el “nematodo del nudo” puede reproducirse continuamente ante la presencia de un hospedante adecuado y un contenido de humedad del suelo favorable (Souza *et al.*, 2008). En los tres patrones se observó similares fluctuaciones cíclicas, aunque el mayor grado de infestaciones y patogenicidad del nematodo se observó sobre los patrones VG y R110.

4.2. Estados fenológicos

Ligeras diferencias se estimaron en la duración en días de algunos estados fenológicos de la var. Red Globe asociados a cada patrón, en los tres patrones se estimó que el estado de madurez de la baya se alcanzó a los 140 días con una acumulación térmica de 1902,6 grados días, desde el inicio de yema hinchada hasta lograr el 100% de

madurez (Cuadro 2). En Chile, Villaseca (2004) demostró que el cultivar Carménere en el valle de Casablanca, predio Salvi, requirió de 1198.6 grados días y 283 días para llegar a la madurez. En el predio Veramonte, de 1558.6 horas días y 271 días para llegar a la madurez. Por lo que concluyó que mientras más calurosa es una zona, se precisa de menor número de días para llegar a la madurez de la uva.

Las fases fenológicas crecimiento de racimo, crecimiento de baya y 100% madurez son las que mayor número de días requirieron para completar cada etapa. Se demuestra que por las condiciones climáticas (calurosa y mayor exposición a la radiación solar) y posición geográfica de Piura, el cultivo de la uva de mesa precisa de menos días para llegar a la madurez del fruto, porque se acumulan mayor cantidad de grados días que en una zona fría.

Cuadro 2. Grados días acumulados y días entre cada fase de la var. Red Globe injertada sobre tres patrones en un campo comercial de uva de mesa ubicada en el valle de Cieneguillo, Piura, año 2014.

Estado fenológico	Mes	D og Ridge		R 110		VG	
		Grados días	Días	Grados días	Días	Grados días	Días
			(Nº)		(Nº)		(Nº)
Yema cerrada	May	48.0	3	64.4	4	64.4	4
Yema algodón	May	112.8	4	128.2	4	112.8	3
Puntas verdes	May/Jun	144.3	2	190.7	4	159.8	3
Hoja Verde	Jun	205.9	4	222.6	2	205.9	3
Aparición de racimo	Jun	273.4	4	300.6	5	289.0	5
Inicio de floración	Jun	300.6	2	331.1	3	323.1	3
100% floración	Jun	352.0	5	380.5	5	371.8	5
Crecimiento de racimo	Jun/Jul	623.4	35	623.4	33	623.4	34
Crecimiento de baya	Jul/Ago	998.0	27	1011.1	28	1026.6	29
Ablandamiento	Ago	1054.3	4	1084.0	5	1068.8	3
Racimo en envero	Ago	1098.4	3	1126.9	3	1098.4	2
Pinta media	Ago	1168.3	5	1194.4	5	1168.7	5
100 % pinta	Ago	1279.9	8	1307.3	8	1294.1	9
100% madurez	Sep/Oct	1902.6	41	1902.6	39	1902.6	40
Días acumulados			140		140		140

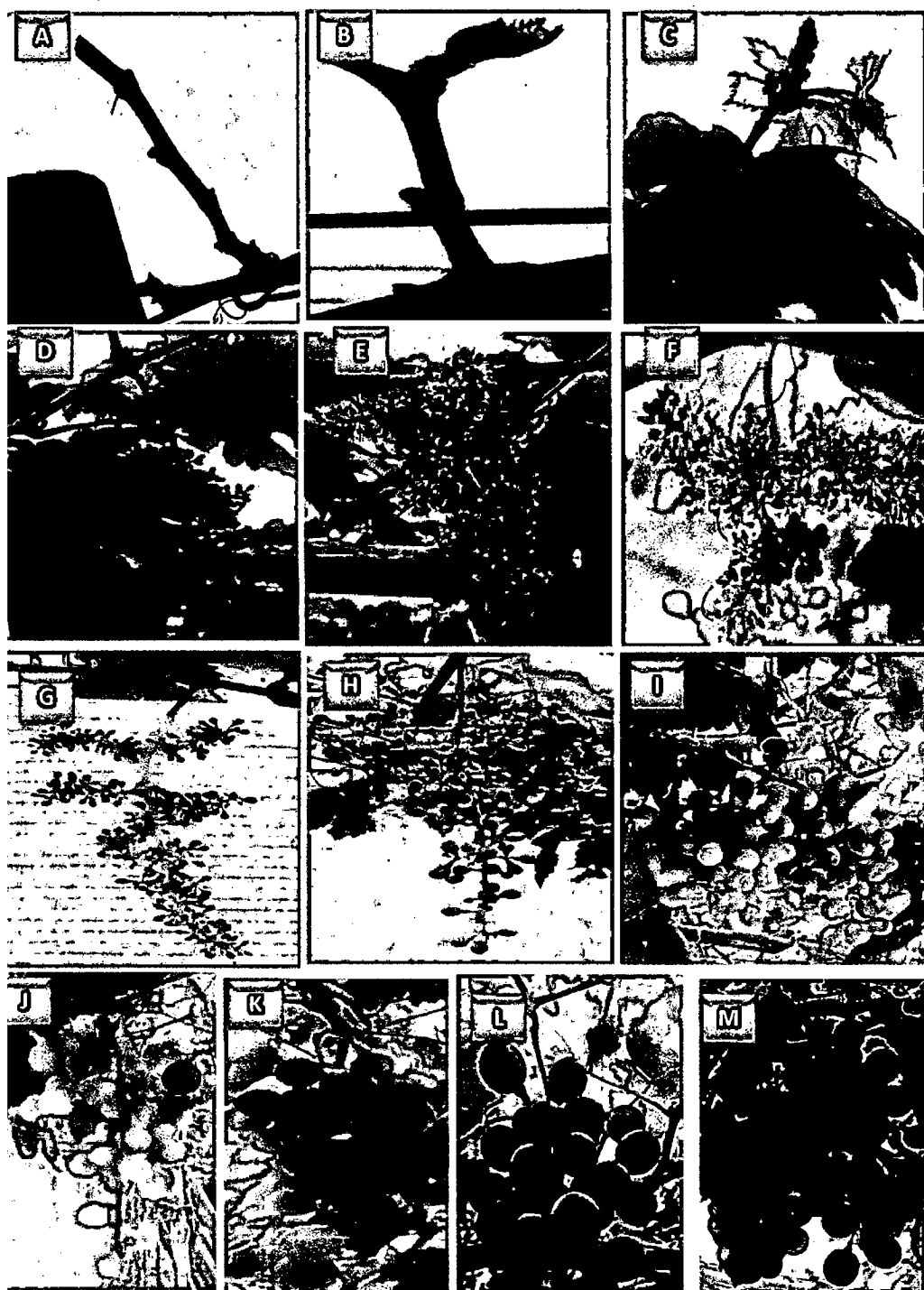


Figura 2. Fases fenológicas de uva de mesa var. Red Globe A: yema hinchada, B: Hoja verde, C: Aparición de racimo, D: Inicio de floración, E y F: 100% floración, G: Crecimiento de racimo H: Crecimiento de baya, I: Ablandamiento, J: Racimo en envero, K: Pinta media, L: 100 % pinta, M: 100% madurez

El genotipo de los tres patrones no tuvieron una influencia preponderante sobre la duración de las fases fenológicas de la variedad Red Globe. Se dispone de poca información referida a las variaciones fenológicas inducidas bioquímicamente en una variedad de uva injertada sobre diferentes patrones. Jogaiah *et al.* (2013) demostraron que la duración y mayor uniformidad durante la fase de brotación en la var. Thompson seedless injertada sobre el patrón R110 se observó a los 14 días, lo que estuvo estrechamente correlacionada con el aumento de la actividad de la peroxidasa y al mayor contenido de proteínas en el brote. Lo contrario, se determinó con el patrón Dog rigde que completó la fase de brotación en 22.6 días.

4.3. Vigor vegetativo y productivo

Se evaluaron algunos parámetros asociados al vigor vegetativo, observándose que var. Red Globe presentó los más altos valores cuando se injertó sobre el patrón Dog Rigde (Fig. 3,) diferenciándose significativamente ($p < 0.05$) de los otros patrones. El efecto directo de este patrón sobre el crecimiento se potenció positivamente sobre número y largura de cargadores, superando en 0.6 y 1.6 cargadores, 17.3 y 20.3 cm a los patrones VG y R110, respectivamente. Respecto, a los parámetros productivos, se estimó que en Dog Rigde se registró 0.7 y 1.7 racimos más que en los patrones VG y R110, respectivamente; diferenciándose significativamente ($p < 0.05$) (Fig. 3). No se observaron diferencias significativas ($p < 0.05$) entre los tres patrones en los parámetros: largo y peso de racimos, diámetro de baya y grados Brix (Fig. 4).

En el presente estudio no se observaron problemas de incompatibilidad con la relación patrón/variedad, la cual varió de 1.28, 1.34 y 1.26 para Dog Rigde, VG y R110, respectivamente, aunque esta claro que en ninguna combinación la var. Red Globe destacó por presentar un diámetro más alto que el patrón, sin embargo siempre en Dog Rigde se presentó el mayor número y largura de cargadores lo que a su vez presentó una de las menores relaciones patrón/variedad, sin embargo el mayor vigor no se relacionó positivamente con los mejores parámetros productivos.

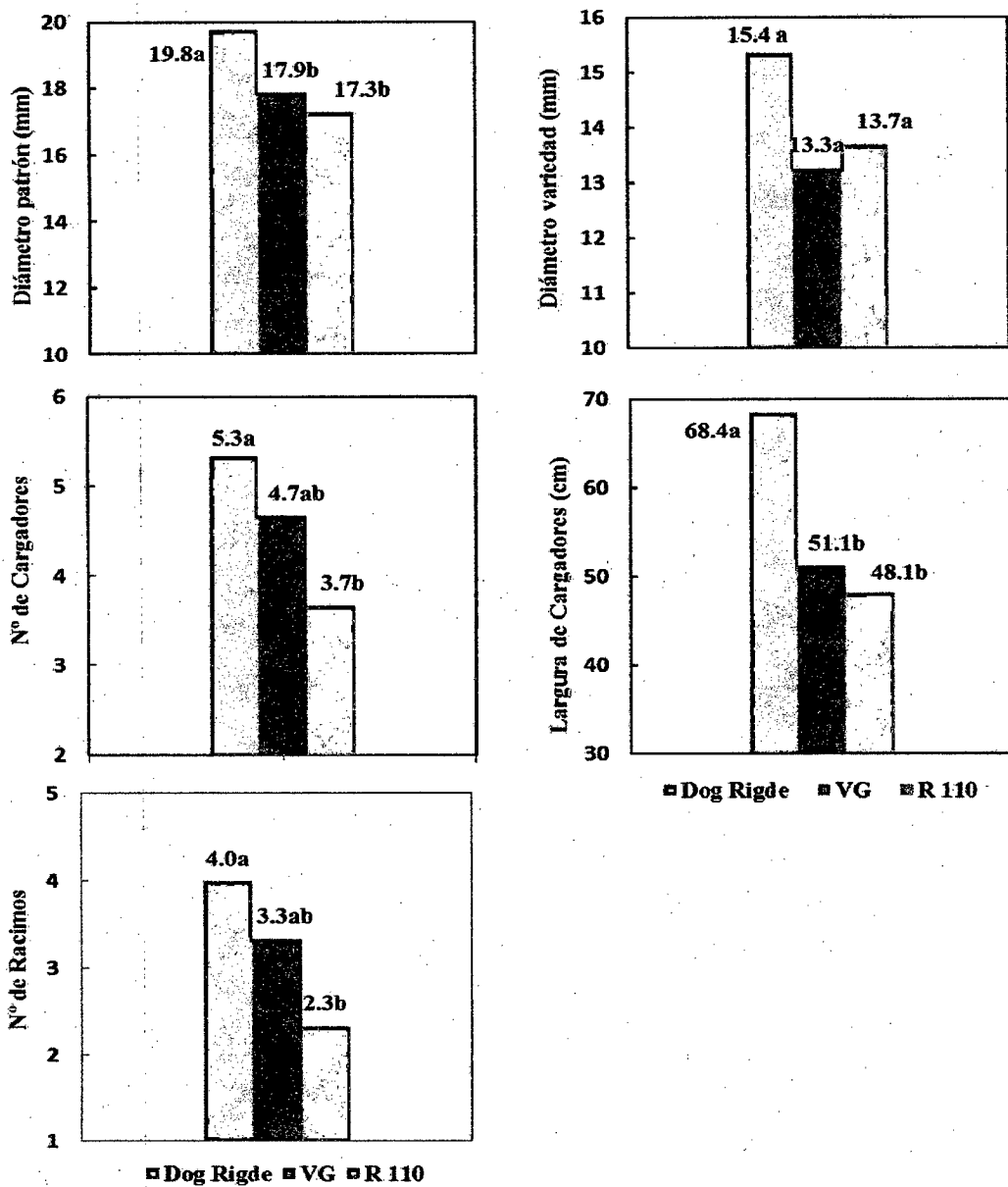


Figura 3. Parámetros de vigor vegetativo y productivos de la var. Red Globe injertada sobre tres patrones de vid en condiciones de campo y naturalmente infestados por *Meloidogyne* spp. valle de Cieneguillo, Piura

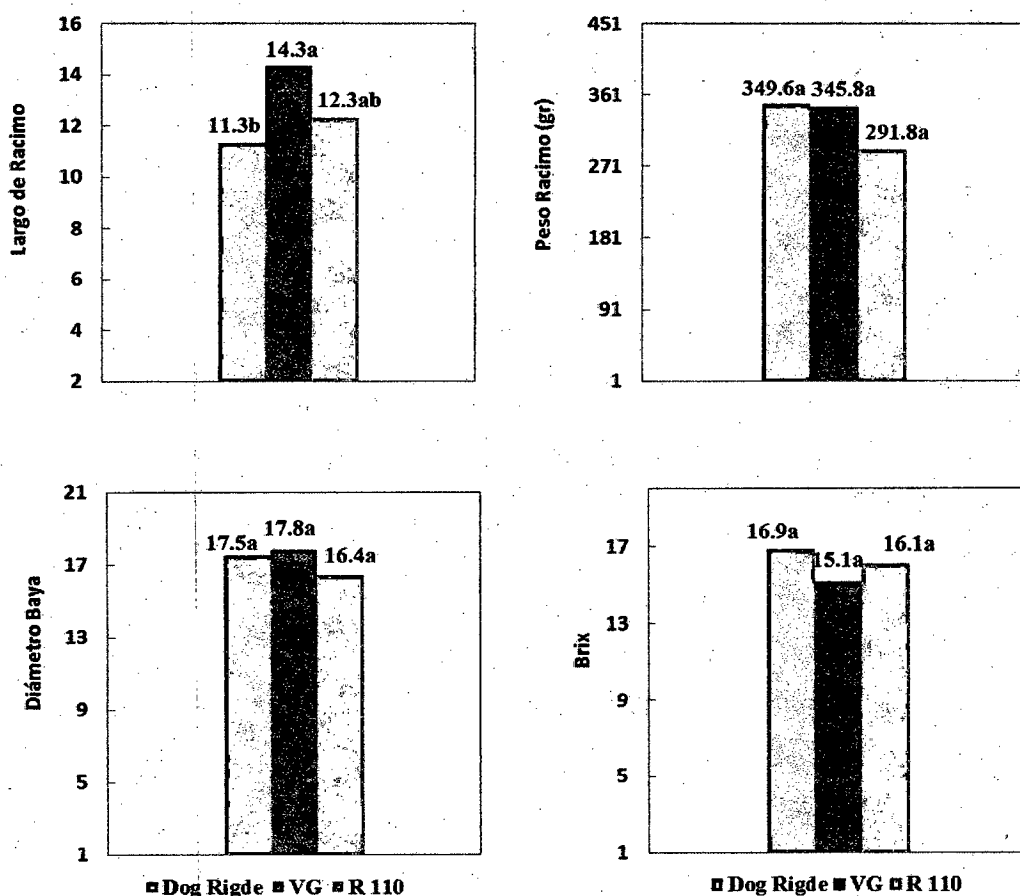


Figura 4. Parámetros productivos de la var. Red Globe injertada sobre tres patrones de vid en condiciones de campo y naturalmente infestados por *Meloidogyne* spp., valle de Cieneguillo, Piura.

La var. Red Globe injertada sobre Dog Rigde destacó por presentar los mejores parámetros de vigor vegetativo y productivo asimismo también se determinó que en las raíces de Dog Rigde se estimaron los menores niveles de reproducción (huevos + J2) de *Meloidogyne* spp., y consecuentemente un sistema radicular menos atrofiado por el nematodo, lo que contribuyó a una mayor y mejor actividad en la absorción y traslocación de nutrientes favoreciendo al mejor vigor y producción de la variedad. Melakeberhan *et al.* (1990) demostraron que la infección de *M. incognita* afectó la eficiencia fisiológica en los cultivares de uva Thompson Seedless (moderadamente resistente) y French Colombard (susceptible) disminuyendo la energía asimilada en la planta.

CAPITULO 5

5. CONCLUSIONES

1. Los patrones Dog Rigde, VG y R110 presentaron una reacción de susceptibilidad a *Meloidogyne* spp.

2. Los patrones Dog Rigde, VG y R110 presentaron una tendencia parecida en la dinámica poblacional de *Meloidogyne* spp. en el suelo y reproductiva sobre raíces. Los niveles de infestación del nematodo en el suelo aumentaron progresivamente desde agosto de 2014 hasta mayo de 2015, el máximo potencial reproductivo se alcanzó entre enero y mayo.

4. Los patrones Dog Rigde, VG y R110 alcanzaron el estado de madurez de la baya a los 140 días con una acumulación térmica de 1902.6 grados días, desde el inicio de yema hinchada hasta lograr el 100% de madurez

5. Los mayores parámetros de vigor vegetativo y productivos se observaron en la var. Red Globe injertada sobre el patrón Dog Rigde, lo que se atribuye a la influencia del genotipo del patrón y a los menores niveles reproductivos de *Meloidogyne* spp. estimados sobre el patrón.

CAPITULO 6

6. RECOMENDACIONES

1. Realizar investigaciones para conocer a profundidad las interacciones del sistema radicular con crecimiento vegetativo y reproductivo, así como con la calidad y composición de la uva de mesa.
2. Continuar con las evaluaciones de nuevos patrones comerciales o experimentales y su reacción frente a *Meloidogyne spp.* en condiciones de invernadero y campo.
3. Continuar con evaluaciones de nuevos patrones comerciales o experimentales y su interacción con variedades y otros factores naturales y prácticas agronómicas.

CAPITULO 7

7. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Abad, P., Favery, B., Rosso, M., and Castagnone-Sereno, P. 2003. Root-knot nematode parasitism and host response: molecular basis of a sophisticated interaction. *Molecular Plant Pathology* 4: 217–224.

ADEX, 2016. <http://gestion.pe/economia/peru-se-consolida-como-segundo-exportador-uvas-eeuu-y-quinto-al-mundo-2181260>.

Antonacci, D., Ramos, J.C., Dalla, J.E. 2001. Influenza della disponibilità térmica sulle manifestaci3n fenologiche della vite in diverse aree di produzione dei due emisferi. *Rivista di frutticoltura e di ortofloricoltura* 63(12): 65 – 72.

Anwar, S. A., and McKenry, M. V. 2002. Developmental response of a resistance breaking population of *Meloidogyne arenaria* on *Vitis* spp. *Journal of Nematology* 34: 28–33.

Anwar, S. A., McKenry, M. V., and Kaku, S. 1999. Resistance of ten grape rootstocks against six *Meloidogyne* spp. *Journal of Nematology* 31: 522.

Anwar, S. A., McKenry, M., and Ramming, D. 2002. A search for more durable grape rootstock resistance. *American Journal of Enology and Viticulture* 53:19–23.

Arias M, Navacerrada G. 1973. Geographical distribution of *Xiphinema* Cobb in Spanish vineyards. *Nematología l. mediterranea*. 1: 28-35.

Ayoub, S.M. 1980. *Plant Nematology: An Agricultural Training Aid*. (Revised Ed.) NemaAid Publications, Sacramento, CA. 195 pp.

Brown, D. J., Dalmasso, A., and Trudgill, D. L. 1993. Nematode pests of soft fruits and vines. Pages 427-462 in: *Plant-Parasitic Nematodes in Temperate Agriculture*. K. Evans, D. L. Trudgill, and J. M. Webster, eds. CAB International, Wallingford, UK.

Cáceres, E. 1996. *Uva de mesa. Cultivares aptas y tecnología de producción*. Editar, San Juan, Argentina. 84p.

Cain, D. W., McKenry, M. V., and Tarailo, R. E. 1984. A new pathotype of root-knot nematode on grape rootstocks. *Journal of Nematology* 16:207–208.

Chang A. 2014. Distribución espacial y dinámica poblacional de *Meloidogyne* spp. en un viñedo ubicado en el sector Cieneguillo Centro, Piura. Tesis para optar el Título de Ingeniero Agrónomo, Universidad Nacional de Piura, Perú. 62 pp.

Colapietra, M. y Sicuro, G. 2001. L'impiego dei fitoregolatori per migliorare la produzione italiana di Thompson Sedles (Sultanina). Rivista di frutticoltura e di ortofloricoltura 63(12): 55 – 60.

Cousins, P., Lauver, M., and Boyden, L. 2003. Genetic analysis of root-knot nematode resistance derived from *Vitis mustangensis*. Paper presented at the 8th International Conference on Grape Genetics and Breeding, Kecskemet, Hungary, August 2002. Acta Horticulturae 603:149–154.

Díez-Rojo, M.A., López-Pérez, J.A., Urbano-Terrón, P. y Bello-Pérez, A. 2010. Biodesinfección de suelos y manejo agronómico. Secretaria General Técnica Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural y Marino, Madrid. 408 pp.

Dropkin, V. H. 1980. Introduction to Plant Nematology. Department of Plant Pathology, University of Missouri, Columbia. 293 pp.

Eisenback, J. D., Hirschmann, J. N. Sasser, and A. C. Triantaphyllou. 1981. A guide to the four most common species of root-knot nematode (*Meloidogyne* spp.), with a pictorial key. Department of Plant Pathology, North Carolina State University/USAID. North Carolina State Graphics, Raleigh.

Fardossi, A., Brandes, W., and Mayer, C. 1995. Influence of different rootstock cultivars on growth, leaf nutrient content and must quality of cultivar Gruner Veltliner. Mitteilungen Klosterneuburg, Rebe und Wein, Obstbau und Fruchtverwertung 45: 3-15.

Ferris, H., and McKenry, M. V. 1975. Relationship of grapevine yield and growth to nematode densities. Journal of Nematology 7: 295-304.

Ferris, H., Zheng, L., and Walker, M. A. 2012. Resistance of Grape Rootstocks to Plant-parasitic Nematodes. Journal of Nematology 44: 377–386.

Garris, A., Cousins, P., Ramming, D., and Baldo, A. 2009. Parentage analysis of Freedom rootstock. American Journal of Enology and Viticulture 60: 357–361.

Gu, S., and Ramming, D. 2005a. Viticultural performance of Syrah grapevines on new USDA-ARS rootstocks for winegrape production in the San Joaquin Valley. *American Journal of Enology and Viticulture* 56: 312A.

Gu, S., and Ramming, D. 2005b. Viticultural performance of Thompson Seedless grapevines on new USDA-ARS rootstocks for raisin production in the San Joaquin Valley. *American Journal of Enology and Viticulture* 56:312A.

Harris, A. R. 1984. Resistance of some *Vitis* rootstocks to *Xiphinema index*. *Journal of Nematology* 15:405–409.

Haydock, P.P.J., Woods, S.R., Grove, I.G., and Hare, M.C. 2006. Chemical control of nematodes. In: Perry, R.N. and Moens, M. (eds) *Plant Nematology*. CAB International, Wallingford, UK, pp. 392–410.

Hidalgo, L. 1999. Tratado de viticultura general. Madrid. Ediciones Mundi – Prensa. 1147 p.

Huang, C. S. 1985. Formation, anatomy and physiology of giant cells induced by root-knot nematodes. In J.N. Sasser, C.C. and Carter, Eds, *An Advanced Treatise on Meloidogyne*. North Carolina State University Graphics, Raleigh, pp. 155-164.

Hussey, R.S., and Barker, K.R. 1973. A comparison of methods on collecting inocula of *Meloidogyne* spp., including a new technique. *Plant Disease Reporter* 57: 1025-1028.

Jogaiah, S., Oulkar, D.P., Banerjee, K., Sharma, J., Patil, A.G., Maske, S.R., and Somkuwar, R.G. 2013. Biochemically induced variations during some phenological stages in Thompson Seedless grapevines grafted on different rootstocks. *S. Afr. J. Enol. Vitic.*, 34: 36-45.

Lamberti, F. 1979. Economic importance of *Meloidogyne* spp. in subtropical and Mediterranean climates. 341-357. In: *Root-Knot Nematodes (Meloidogyne Species) Systematics, Biology and Control*. F. Lambert y C.E. Taylor, eds. Academic Press, New York.

Lorenz, D.H., Eichhorn, K.W., Blei-Holder, H., Klose, R., Meier, U., und Weber, E. 1994. Phänologische Entwicklungsstadien der Weinrebe (*Vitis vinifera* L. ssp. *vinifera*). *Vitic. Enol. Sci.* 49, 66-70.

Loubser, J.T. 1988. Occurrence and pathogenicity of root-knot nematodes (*Meloidogyne* species) in South African vineyards. *S. Afr. J. Enol. Vitic.* 9: 21-27.

- Loubser, J.T., and Meyer, A.J. 1987.** Population dynamics of the root-knot nematodes *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White) Chitwood and *M. javanica* (Treub) Chitwood on grapevines in two different regions of South Africa. S. Afr. J. Enol. Vitic. 8: 36-40.
- Luc, M., Sikora, R.A. and Bridge, J. 2005.** Plant Parasitic Nematodes in Subtropical and Tropical Agriculture, 2nd edn. CAB International, Wallingford, UK.
- MINAG, 2013.** Dinámica Agropecuaria. En: http://sisagri.minag.gob.pe:8080/sisagri/portal/agr_p1110.jsf.
- McSorley, R., and Gallaher, R.N. 1995.** Effect of yard waste compost on plant-parasitic nematode densities in vegetable crops. Supplement to the Journal of Nematology 27: 545-549.
- Melakeberhan, H., Ferris, H., and Dias, J. M. 1990.** Physiological Response of Resistant and Susceptible *Vitis vinifera* Cultivars to *Meloidogyne incognita*. Journal of Nematology 22: 224-230.
- Muller, R., and Gooch, P.S. 1982.** Organic amendments in nematode control: An examination of the literature. Nematropica 12: 319-326.
- Muñoz, I. y Lobato, A. 2000.** Principales cultivares. En: Valenzuela J. ed. Uva de mesa en Chile. Gobierno de Chile. Ministerio de Agricultura. Instituto de Investigaciones Agropecuaria. Chile. p.43-59.
- Noling, J.W., and Becker, J.O. 1994.** The challenge of research and extension to define and implement alternatives to methyl bromide. Journal of Nematology 26, 573-586.
- Nyczepir, A.P., and Thomas, S.H. 2009.** Current and Future Management Strategies in Intensive Crop Production Systems. 412-435 Pp. In: R N. Perry, M. Moens, and J.L. Starr eds. Root-knot Nematodes. Wallingford, UK: CAB International.
- Nesbitt, W.B. 1974.** Breeding resistant grape rootstocks. HortScience 9: 359-361.
- Oliveira, M. 1998.** Calculation of budbreak and flowering base temperatures for *Vitisvinifera* cv. Toriga Francesa in the Douro region of Portugal. Am. J. Enol. Vitic. Vol 49 (1):74 - 78.
- Opperman, C.H., and Chang, S. 1990.** Plant-parasitic nematode acetylcholinesterase inhibition by carbamate and organophosphate nematicides. Journal of Nematology 22, 481-488.

Orton Williams, K.J. 1973. *Meloidogyne incognita*. C.I.H. Descriptions of Plant Parasitic Nematodes, Set 2, N° 18, 4 pp.

Pinkerton, J.N., Schreiner, R.P., Ivors, K.L., and Vasconcelos, M.C. 2004. Effects of *Mesocriconema xenoplax* on *Vitis vinifera* and Associated Mycorrhizal Fungi. J. Nematol. 36: 193-201.

Pinochet, J., and Cisneros, T. 1986. Seasonal fluctuations of nematode populations in three Spanish vineyards. Revue Nématology. 9: 391-398.

Prakash, G.S., and Reddy, N.N. 1990. Effect of different rootstocks on budbreak in grapecv. Anab-e-Shahi. Crop Research Hisar. 3(1): 51-55.

Reisch, B.I., Owens, C.L., and Cousins, P.S. 2012. Grape. Pp 225–262 in Badenes, M. L., and Byrne, D. H. eds. Fruit Breeding, Handbook of Plant Breeding 8, Springer Science+Business Media, LLC.

Reynier, A. 1995. Manual de viticultura. Quinta edición. Bilbao. Ediciones Mundi – Prensa. 407p.

Reynolds, A.G., and Wardle, D.A. 2001. Rootstocks impact vine performance and fruitcomposition of grapes in British Columbia. HortTechnol. 11: 419-427.

Roberts, P.A. 1993. The future of nematology: integration of new and improved management strategies. Journal Nematology 25: 383-394.

Rodriguez-Kabana, R. 1986. Organic and inorganic nitrogen amendments to soil as nematode suppressants. Journal Nematology 18: 129-135.

Rodríguez-Kábana, R., Morgan-Jones, G., Godoy, G., and Ownley Gintis, B. 1984. Effectiveness of species of *Gliocladium*, *Paecilomyces*, and *Verticillium* for control of *Meloidogyne arenaria* in field soil. Nematropica 14: 155-170.

Sasser J.N. 1980. Root-Knot nematodes: a global menace to crop production. Plant Disease 64: 36-41.

Siddiqi, M.R. 2000. Tylenchida Parasites of Plants and Insects. CABI, UK, 833 pp.

Souza, R.M., Volpato, A.R. and Viana, A.P. 2008. Epidemiology of *Meloidogyne exigua* in upland coffee plantation in Brazil. Nematologia Mediterranea 36, 13- 17.

Tangolar, S., and Ergenoglu, F. 1989. The effects of different rootstocks on the levels of mineral elements in the leaves and the carbohydrate contents of the canes of some

early maturing grape cultivars. Doga, Turk Tarim ve Ormancilik Dergisi. 13: 3b, 1267-1283.

Trivedi, P.C., and Barker, K.R. 1986. Management of nematodes by cultural practices. Nematropica 16: 213-236.

Vaysse, P., Charmont, S., Audubert, A., Marion, M., Thiault, J. F., Scandella, D. and Bergougnoux, F. 2001. Recognizing table grape varieties. Reconnaître les variétés de raisin de table. Éditions Centre technique interprofessionnel des fruits et légumes. Paris, Francia. 69 p.

Villaseca, S. 2004. Condiciones agrometeorológicas de la vid Carménere. TierraAdentro: 44-45.

Villaseca, S., Novoa, R. y Muñoz, I. 1986. Fenología y sumas de temperatura en 24 variedades de vid. Agricultura técnica 46: 63 – 67.

Walker, M. A., Ferris, H., and Eyre, M. 1994. Resistance in *Vitis* and *Muscadinia* species to *Meloidogyne incognita*. Plant Disease 78:1055–1058.

Weaver, R.J. 1976. Grape Growing. A Wiley Interscience Publication.

Weinberger, J.H., and Harmon, F.N. 1966. Harmony, a new nematode and phylloxera resistant rootstock for vinifera grape. Fruit Varieties and Horticultural Digest 20:63–65.

Williamson, V.M., and Hussey, R.S. 1996. Nematode pathogenesis and resistance in plants. Plant Cell 8: 1735-1745.

Wilson, L.T., and Barnett, W.B. 1983. Degree- days, an aid in crop and pestmanagement. California Agricultura 37 (1-2): 47.

Wyss, U., Grundler, F.M.W., and Munich, A. 1992. The parasitic behaviour of second-stage juveniles of *Meloidogyne incognita* in roots of *Arabidopsis thaliana*. Nematológica 38: 98-111.

ANEXOS

Cuadro 3. Análisis de la varianza del diámetro del patron en finales por planta de uva cv Red Globe en el valle de Cieneguillo.

Fuente de variabilidad	G.L.	S.C	C.M.	F	F (5%)
Bloques	2	1.06889	0.53444	0.88909	NS
Tratamientos	2	10.01556	5.00778	8.33087	NS
Error experimental	4	2.40444	0.60111		
Total	8	13.48889			
C.V.	4.23%				

* Significativo a un nivel del 5% de probabilidad ($p < 0,05$)

Cuadro 4. Análisis de la varianza del diámetro de la variedad en finales por planta de uva cv Red Globe en el valle de Cieneguillo.

Fuente de variabilidad	G.L.	S.C	C.M.	F	F (5%)
Bloques	2	2.48222	1.24111	1.04052	NS
Tratamientos	2	7.37556	3.68778	3.09176	NS
Error experimental	4	4.77111	1.19278		
Total	8	14.62889			
C.V.	7.74%				

* Significativo a un nivel del 5% de probabilidad ($p < 0,05$)

Cuadro 5. Análisis de la varianza del número de cargadores por planta de uva cv Red Globe en el valle de Cieneguillo.

Fuente de variabilidad	G.L.	S.C	C.M.	F	F (5%)
Bloques	2	0.88888	0.44444	1.6	NS
Tratamientos	2	4.22222	2.11111	7.6	S
Error experimental	4	1.11111	0.27778		
Total	8	6.22222			
C.V.	11.57%				

* Significativo a un nivel del 5% de probabilidad ($p < 0,05$)

Cuadro 6. Análisis de la varianza de la medida de cargadores por planta de uva cv Red Globe en el valle de Cieneguillo.

Fuente de variabilidad	G.L.	S.C	C.M.	F	F (5%)
Bloques	2	400.0866667	200.0433333	8.977262528	NS
Tratamientos	2	458.64	229.32	10.29109948	NS
Error experimental	4	89.13333333	22.28333333		
Total	8	947.86			
C.V.	10.56%				

* Significativo a un nivel del 5% de probabilidad ($p < 0,05$)

Cuadro 7. Análisis de la varianza del N° de Racimos por planta de uva cv Red Globe en el valle de Cieneguillo.

Fuente de variabilidad	G.L.	S.C	C.M.	F	F (5%)
Bloques	2	1.55556	0.77778	0.53846	NS
Tratamientos	2	4.22222	2.11111	1.46154	NS
Error experimental	4	5.77778	1.44444		
Total	8	11.55556			
C.V.	37.30%				

Cuadro 8. Análisis de la varianza de la medida final de racimos por planta de uva cv Red Globe en el valle de Cieneguillo.

Fuente de variabilidad	G.L.	S.C	C.M.	F	F (5%)
Bloques	2	10.66667	5.33333	0.49231	NS
Tratamientos	2	14	7	0.64615	NS
Error experimental	4	43.33333	10.83333		
Total	8	68			
C.V.	25.98%				

* Significativo a un nivel del 5% de probabilidad ($p < 0,05$)

Cuadro 9. Análisis de la varianza del diámetro final de la baya por planta de uva cv Red Globe en el valle de Cieneguillo.

Fuente de variabilidad	G.L.	S.C	C.M.	F	F (5%)
Bloques	2	1.55556	0.77778	0.53846	NS
Tratamientos	2	4.22222	2.11111	1.46154	NS
Error experimental	4	5.77778	1.44444		
Total	8	11.55556			
C.V.	37.30%				

* Significativo a un nivel del 5% de probabilidad ($p < 0,05$)

Cuadro 10. Análisis de la varianza del peso de Racimo por planta de uva cv Red Globe en el valle de Cieneguillo.

Fuente de variabilidad	G.L.	S.C	C.M.	F	F (5%)
Bloques	2	59571.46487	29785.73244	3.11138	NS
Tratamientos	2	6269.607222	3134.803611	0.32746	NS
Error experimental	4	38292.65838	9573.164594		
Total	8	104133.7305			
C.V.	29.73%				

* Significativo a un nivel del 5% de probabilidad ($p < 0,05$)

Cuadro 11. Análisis de la varianza de los grados Brix por planta de uva cv Red Globe en el valle de Cieneguillo.

Fuente de variabilidad	G.L.	S.C	C.M.	F	F (5%)
Bloques	2	4.64889	2.32444	1.73754	NS
Tratamientos	2	4.51556	2.25778	1.68771	NS
Error experimental	4	5.35111	1.33778		
Total	8	14.51556			
C.V.	7.22%				